REVISTA
CIENCIAS NATURALES
Facultad de Ciencias Naturales · Universidad Nacional de Salta

e-ISSN 2953-5441
Vol. 2(1): 22-35

ARTÍCULO

Estudio fisiológico de *Canna indica* (Cannaceae), una Fuente Alimenticia, en Medios de Cultivo no Convencionales

Physiological Study of *Canna indica* (Cannaceae), a Food Source for the non conventional Cultivation

Marcelo P. Hernández[2, 3, 4, 6*], Marcela F. Ruscitti[1, 2, 5], Felipe S. Calonge[2], Alejanda V. Carbone[1, 2] & Jorge E. Bueno Prieto[6]

[1] Instituto de Fisiología Vegetal (INFIVE-CONICET). [2] Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales (FCAyF), Universidad Nacional de La Plata (UNLP), calle 60 entre 116 y 119, (1900) La Plata, Buenos Aires, Argentina. [3] Facultad de Ciencias Naturales y Museo (FCNyM-UNLP), calle 60 y 122, (1900) La Plata, Buenos Aires, Argentina. [4] Museo de Ciencias Naturales (UNLP), Paseo del Bosque s. n. (1900) La Plata, Buenos Aires, Argentina. [5] Departamento de Ciencias Básicas y Experimentales, Universidad Nacional del Noroeste de la Provincia de Buenos Aires (UNNOBA), (6000) Junín, Buenos Aires, Argentina. [6] Instituto de Astrobiología de Colombia (IAC), Calle 93 B, N° 18-12, (110221) Bogotá, Colombia. *marcelo.hernandez@agro.unlp.edu.ar

Resumen

Canna indica, originaria de América tropical, es una hierba perenne y rizomatosa con gran valor nutricional, medicinal (rizomas), forrajera (rizomas y follaje molidos) y ornamental. Nuestro objetivo fue hallar un sustrato óptimo para el cultivo de esta especie, con fines alimenticios, en condiciones no aptas para un cultivo convencional. Las plantas se cultivaron en un invernáculo, entre los meses de septiembre y diciembre del año 2018, en macetas de 13,5 L, utilizando diferentes sustratos: arena, hidroponía en solución de Hoagland perlita, tierra y vermiculita. En cada maceta se colocaron dos fragmentos de rizoma de 10 x 3,0-4,0 cm, con tres repeticiones por tratamiento. Se evaluaron los siguientes parámetros: altura alcanzada de la parte aérea (tallo, hoja, inflorescencia y fruto); área foliar; peso fresco y peso seco de la parte subterránea (raíz y rizoma) y de la parte aérea (tallo, hoja, inflorescencia e infrutescencia); clorofila a, b, total y carotenos (tallo y hojas); albúminas (rizomas); y densidad de granos de almidón (rizomas). Los resultados se analizaron mediante el software Statistica 7.0. Al finalizar el ensayo, las plantas que lograron un mayor crecimiento, con formación de frutos maduros, fueron las cultivadas en los sustratos hidroponía en solución y vermiculita.

Palabras clave: Almidón, Ambientes extremos; *Canna indica*; Hidroponía; Planta alimenticia

Abstract

Canna indica is a perennial and rhizomatous herb, native to tropical America. It has great nutritional value, with edible rhizomes which are rich in fiber, and also possessing amylase and shoots, which are rich in protein. Likewise, it has medicinal (rhizomes), forage (ground rhizomes and foliage) and ornamental importance. Our objective was to find an optimal substrate for the cultivation of this species, for food purposes, in conditions not suitable for conventional cultivation. The plants were grown in a greenhouse, between the months of September and December, 2018, in 13.5 L pots, using the following substrates: sand, hydroponics solution (Hoagland), perlite, soil and vermiculite. Two rhizome fragments of 10 x 3.0-4.0 cm were placed in each substrate type, with three repetitions per treatment. The following parameters were evaluated: periodic increase in height of the aerial part (stem, leaf, inflorescence and fruit); leaf area; fresh weight and dry weight of the underground part (root and rhizome), and the aerial part (stem, leaf, inflorescence and infructescence); total chlorophyll a, b, and carotenes (stem and leaves); albumins; and density of starch grains (rhizomes). The results were analyzed using Statistica 7.0 software. At the end of the test, the plants with the greatest growth, with the formation of mature fruits, were those grown in the hydroponics substrates in solution and vermiculite.

Keywords: *Canna indica*; Extreme environments; Food plant; Hydroponics, Starch

Hernández, M. P., Ruscitti M. F., Calonge F. S., Alejanda. Carbone, V., & Bueno Prieto J. E. (2024). Estudio Fisiológico de Canna indica (Cannaceae), una Fuente Alimenticia, en Medios de Cultivo no Convencionales. Revista Ciencias Naturales, 2(1), 22–35.

Recibido: 2/10/2023 Aceptado: 13/3/2024 Publicado: 15/3/2024 Editora: Ana Zelarayán

INTRODUCCIÓN

Canna indica L. “achira” (Cannaceae) es una hierba terrestre, hidrófila y rizomatosa, de hasta 2 m de altura, originaria de América tropical (México, Las Antillas, Centro y Sudamérica hasta la Argentina). Su domesticación se extendió desde Colombia a lo largo de Los Andes hasta Perú, siendo utilizada por los Incas 5.700 años atrás. Actualmente se cultiva en algunos lugares de Colombia y Asia como fuente alimenticia (Pochetino, 2015), por su gran valor nutricional. Sus rizomas contienen un 75 % de agua y un alto contenido de fibras (Barrera *et al.*, 2004). Popenoe *et al.* (1990), mencionan que la materia seca del rizoma, presenta un 75-80 % de almidón, 6-14 % de azúcar (principalmente glucosa y sacarosa), 1-3 % de proteínas y un alto contenido de potasio, y 10 % de proteínas, en sus hojas y brotes.

Los brotes se consumen como vegetales verdes (Popenoe *et al.*, 1990). Los rizomas ricos en almidón, se consumen hervidos, a las brasas o fritos (Rapoport *et al.*, 2009). Su harina sirve para la fabricación de bizcochos, bizcochuelos, colaciones (harina más queso), fideos, galletas, panes, pastas comestibles, tortas, etc. (Martínez Crovetto, 1981; Espinosa *et al*., 1997; Rapoport *et al*., 2009). Es importante destacar que el almidón de esta planta posee un alto contenido de amilosa (Yaruro Cáceres *et al.*, 2021).

En famacología esta especie constituye un agente nutricional infantil, siendo además, antibacteriano, antiabortivo, antialérgico, anticancerígeno, antihemorrágico nasal, antimalárico, antiséptico, antioxidante, astringente, contra úlceras, contra ictericia aguda, digestivo, diurético y emoliente (Martínez Crovetto, 1981; Romero Vásquez & Valdez Valles, 2016; Cañar Inga & Paguay Verdugo, 2017). En medicina tradicional, la decocción de los rizomas, en tomas, tiene efecto abortivo, antiasmático, antiblenorrágico, antinefrítico, antirreumático, diurético, emenagogo y emoliente (Martínez Crovetto, 1981, Marzocca, 1993; Hernández *et al.*, 2010).

Los rizomas y follaje molidos son utilizados como alimento para el ganado (Popenoe *et al.*, 1990). Por su porte y elegancia, se cultiva como planta ornamental (Hurrell *et al.*, 2005), utilizada como cerco vivo y como cortina protectora de viento (Popenoe *et al*., 1990).

Gómez (2016), menciona que la existencia de vida tal como la conocemos, basada en carbono, dependerá de los rangos de los parámetros físico-químicos ambientales que sea capaz de soportar, es decir, a los límites que le impone el carbono y, más concretamente, los que le imponen los enlaces covalentes que el carbono establece consigo mismo o con otros elementos que forman parte de los sistemas vivos. De esta manera, un ambiente natural extremo, es aquel caracterizado por una o varias condiciones físico-químicas hostiles para el desarrollo de la vida. En este contexto, se han hallado organismos criófilos (a -12 ºC), termófilos (entre los 121 ºC y los 130 ºC), acidófilos, alcalófilos, barófilos, xerófilos y resistentes a elvadas radiaciones (Gómez, 2016). Según MacElroy (1974), los organismos que habitan estos ambientes extremos se denominan “extremófilos“. Algunas poblaciones humanas viven en ambientes terrestres extremos, tales como: la Localidad Tolar Grande (Grau *et al.*, 2018) y la Base Antártica Belgrano II (Tortello, 2020), en Argentina, y el Desierto de la Tatacoa en Colombia (Rendón, 2012; Bueno Prieto & Martínez Frías, 2021).

La localidad de Tolar Grande, se sitúa en la provincia de Salta, entre los 3.700 y 4000 m s.m. en un desierto de altura denominado “Puna Seca” (Grau *et al.*, 2019; Hernández *et al.*, 2019; Hernández *et al*., 2020). Presenta suelo muy pobre en materia orgánica, arenoso-pedregoso, con alto contenido de sales solubles y arcillas con capas de yeso superficial. Su clima es frío y seco, con temperatura mínima en invierno de hasta -15ºC, y en verano, con máximas promedio de 15ºC y mínimas por debajo de los 0ºC. (Cabrera, 1976; Hernández *et al*., 2019).

La Base Antártica Belgrano II, situada al S del mar de Weddell, en el nunatak Bertrab

en la costa Confín, Tierra de Coats, en los 77º 51' S y 34º 33' O, es la estación permanente argentina más austral. Esta zona, en ocasiones azotada por vientos superiores a 200 Km/h, presentan un suelo cubierto por nieve, con temperatura máxima -2ºC y la mínima -54ºC.

El Desierto de La Tatacoa, situado en el departamento del Huila a 440 m s.n., está constituido por dos ecosistemas Bosque Seco Tropical y Bosque Muy Seco Tropical, con suelo de origen ígneo y sedimentario, y temperatura promedio entre 28°C y 40°C (Figueroa Cardozo & Galeano, 2004; Florez-Molina, *et al.* 2018). A pesar de las condiciones extremas de su ecositema, la presencia de poblaciones humanas son históricas, teniendo registros previos a la conquista en 1492 (Monje, 2001).

Estos lugares presentan algunas características análogas a algunas superficies extraterrestres (Bueno Prieto & Martínez Frías, 2021). También la Estación Espacial Internacional (EEI), tiene condiciones ambientales extremas, donde el cultivo de plantas cumple un rol fundamental para la supervivencia de sus habitantes (Medina, 2020).

La creciente demanda de alimentos ha ocasionado que la agricultura sea introducida en ecosistemas frágiles, propensos a la degradación y contaminación, con la consiguiente disminución de la productividad (Chavarría-Torrez & Castillo-Castro, 2018). Un cultivo tradicional constituye la forma frecuente de hacer agricultura, donde las plantas crecen en un suelo provisto de elementos nutritivos, a diferencia de un cultivo no tradicional, como por ejemplo la hidroponía en la cual las plantas crecen en soluciones nutritivas o en sustratos donde se le aportan los nutrientes en cantidades adecuadas, lo que conlleva al desarrollo de cultivos sanos en espacios relativamente menores en comparación con la agricultura tradicional (Antillón, 2004; Beltrano & Giménez, 2015).

En la actualidad, existen nuevas alternativas para la producción de plantas, una de estas es la hidroponía, que utiliza un sustrato estéril, inorgánico y controlado, eliminando la necesidad del suelo, reduce la erosión, el desgaste por fertilizantes y productos fitosanitarios. Además disminuye la incidencia de enfermedades radiculares de las plantas (Beltrano & Giménez, 2015).

La hidroponía ha sido empleada por muchas compañías petroleras y mineras que trabajan en lugares remotos e inhóspitos, en donde la agricultura tradicional no permitiría garantizar la producción de vegetales para su personal. De esta manera se conocen emprendimientos de esta clase en el Lejano Oriente, en el desierto de Sahara, en la Antártida, e incluso, fuera de nuestro planeta. Asi en la década del 80, la Administración Nacional de Aeronáutica y el Espacio (NASA) realizó diversas investigaciones en el tema con la dirección del reconocido fisiólogo Fran Salisbury (Beltrano & Giménez, 2015); también las plantas han demostrado la potencialidad y habilidad de crecer y reproducirse en vehículos espaciales y en la EEI (Cowles, 1989; Ivanova *et al.*,1993; Paradiso *et al.*, 2014; Ruyters & Braun, 2014; Jost *et al*., 2015; Musgrave, 2007), siendo componente importante de los sistemas de soporte vital.

Las propiedades nutricionales de *C. indica* la convierten en una de las plantas alimenticias que podrían cultivarse en ambientes extremos en la superficie terrestre u otra semejante.

El objetivo de este trabajo fue hallar un sustrato óptimo para el cultivo de *C. indica*, en condiciones no aptas para un cultivo convencional.

MATERIALES Y MÉTODOS

Durante el mes de agosto del año 2018, se obtuvieron manualmente 30 fragmentos de rizomas de *C. indica* situados en el Jardín Botánico y Arboretum "Carlos Spegazzini" de la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales (UNLP); asimismo, la parte aérea de los rizomas fue herborizada y depositada en el herbario LPAG (Thiers, 2023) de la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales de la Universidad Nacional de la Plata

con los siguientes datos: *Canna indica* L. ARGENTINA. Prov. Buenos Aires, Pdo. La Plata, La Plata, Jardín Botánico y Arboretum “C. Spegazzini”, 20-09-2018, Hernández M. P. 170 ,171, 172, 173 (LPAG).

Fragmentos de rizomas fueron cultivados entre los meses de septiembre a diciembre de 2018 en el invernáculo del Instituto de Fisiología Vegetal (INFIVE-UNLP), en condiciones semicontroladas de temperatura por ventilación forzada (20°-35°C) y con fotoperíodo natural para las coordenadas: S34°54´45,17´´W57°55´52, 87´´. Se utilizaron 15 macetas de 13,5 L con los siguientes tratamientos: hidroponía en solución con sistema de aireación, perlita, vermiculita, arena y tierra. En cada maceta se colocaron dos fragmentos de rizoma de 10 X 3-4 cm, con tres repeticiones por tratamiento. Para el tratamiento hidroponía en solución se utilizó solución de Hoagland (Hoagland & Arnon, 1938) que fue renovada cada 15 días. Los sustratos perlita, vermiculita y arena, se regaron con solución de Hoagland; el sustrato tierra (tratamiento testigo) se regó con agua destilada. En todos los casos las macetas fueron regadas cada 48 hs. Finalizado el ensayo, 100 días después (Fig. 1), se evaluaron los siguientes parámetros:

a. Altura final alcanzada de la parte aérea (tallo, hoja, inflorescencia y fruto), mediante uso de cinta métrica.

b. Área foliar (AF), determinada con el medidor Licor Li-3000.

c. Peso fresco de la parte subterránea “raíz-rizoma” (PFR), peso fresco de la hoja (PFH) y peso fesco de tallo-flor-fruto (PFT). El material fresco se pesó utilizando una balanza gravimétrica.

d. Peso seco de la parte subterránea “raíz y rizoma” (PSR), peso seco de la hoja (PSH) y peso seco de tallo-flor-fruto (PST). El material se colocó en una estufa a 72ºC durante 4 días hasta lograr un peso constante; se utilizó una balanza gravimétrica.

e. Clorofila a, b, total y contenido de carotenoides en tallo y hoja. Se utilizó la técnica de Wellburn (1994).

f. Albúminas en rizomas. Se utilizó la técnica de Bradford (1976).

g. Densidad de granos de almidón por mL de agua destilada en rizomas. Se utilizó una solución acuosa realizada a partir de 1 cm^3 de parénquima desmenuzado en 10 mL de agua destilada (D’Ambrogio, 1986; Hernández & Arambarri, 2019).

Los datos obtenidos se analizaron mediante el software Statgraphics Centurion XVI.

RESULTADOS

Las plantas con mayor crecimiento, que presentaron mejor respuesta en los parámetros fisiológicos analizados y que cumplimentaron su ciclo de vida con formación de frutos maduros, fueron aquellas cultivadas en los tratamientos hidroponía en solución y vermiculita (Figs. 2, 3, Tabla 1)

a. Altura final alcanzada

Las plantas que crecieron en la solución de Hoagland (hidroponía) presentaron el mayor valor de altura, con diferencias significativas frente a las plantas que crecieron en arena, vermiculita y perlita. Con las plantas que crecieron en tierra no mostraron diferencias significativas, que fue el siguiente tratamiento en mostrar mejor respuesta en este parámetro (Fig. 3, Tabla 1).

b. Área foliar

El área foliar de las plantas de *C. indica* presentó diferencias significativas entre los tratamientos realizados. Las plantas que crecieron en hidroponía presentaron mayor área foliar, mostrando diferencias significativas con los tratamientos perlita, arena y tierra. El sustrato vermiculita presentó un valor elevado de área foliar, sin diferencias significativas con las plantas que crecieron en solución nutritiva (Tabla 1).

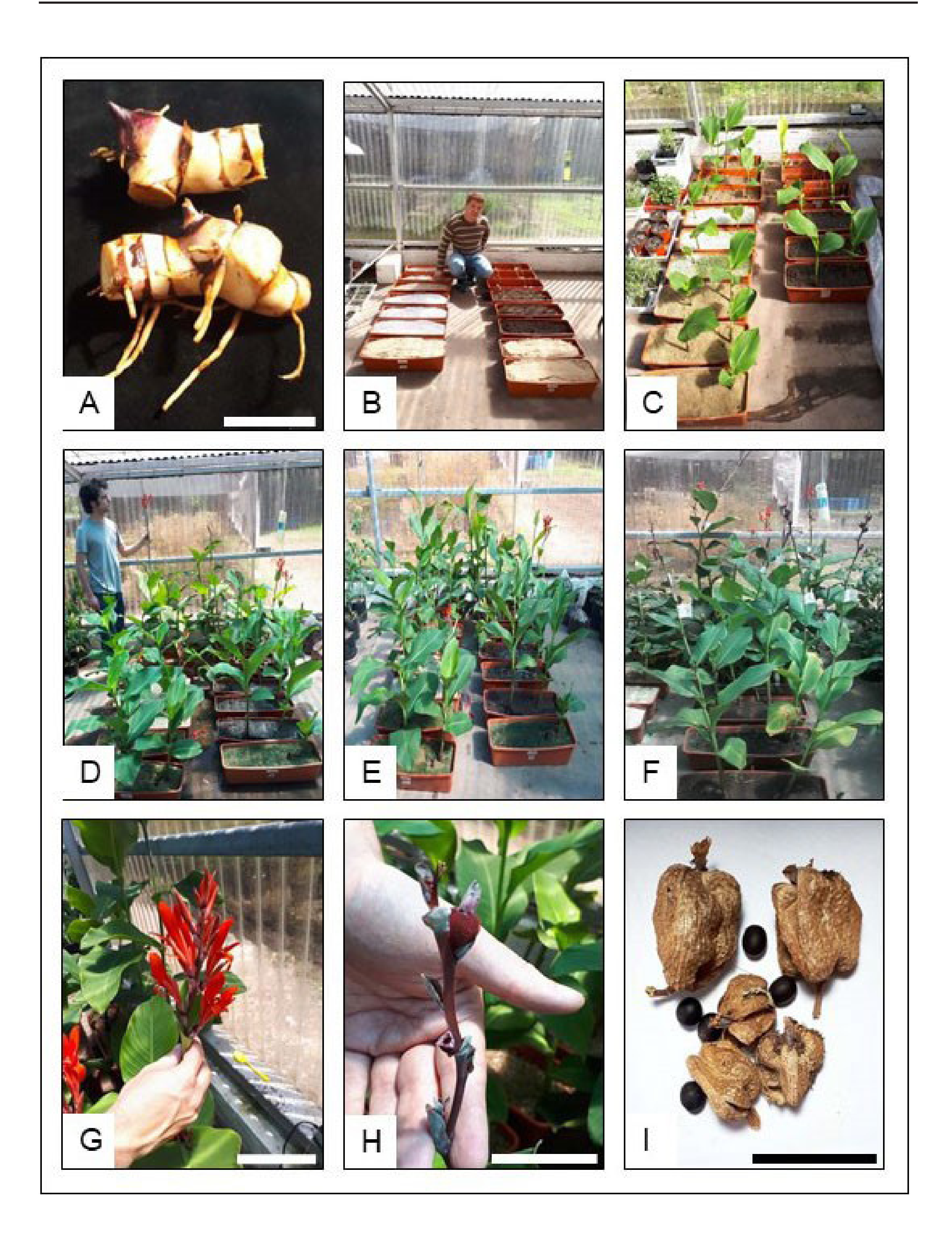


Figura 1. Etapas del ensayo de cultivo. **A.** fragmentos de rizoma para cultivo. **B.** Etapa inicial del ensayo (22-VIII). **C.** Crecimiento de las plantas (08-X). **D.** Crecimiento de las plantas (02-XI). **E.** Crecimiento de las plantas (12-XI). **F.** Crecimiento de las plantas (21-XI). G. Floración (01-XII). **H.** Comienzo de la fructificación (01-XII). **I.** Obtención de frutos y semillas a los (20-XII). Escala: 5 cm.

c. Peso fresco

El PFR fue mayor al PFT y PFH, luego sigue el PFT con diferencias significativas según el tratamiento (Fig. 4).

El PFH fue mayor en las plantas que crecieron en hidroponía, presentando diferencias significativas con el resto de los tratamientos; igual respuesta se observó en el PFT (Fig. 4).

En el caso de los órganos subterráneos el comportamiento fue diferente; el mayor valor de PFR se observó en el tratamiento con vermiculita como sustrato, seguido de perlita e hidroponía; el valor más bajo de PFR se registró en arena con diferencias significativas con el tratamiento de vermiculita (Fig. 4).

d. Peso seco

La variable PS presentó un comportamiento similar al observado para el PF (Figs. 4, 5).

El PSH no presentó diferencias significativas entre los tratamientos (Fig. 5). Sin embargo, el PST presentó mejor respuesta en plantas obtenidas hidroponía con diferencias significativas respecto al resto de los tratamientos (Fig. 5). Por otro lado, el PSR tuvo su valor más alto en el tratamiento con vermiculita, seguido del tratamiento de perlita, hidroponía y tierra; solo se observaron diferencias significativas con el tratamiento de arena, que fue el más bajo (Fig. 5).

e. Clorofila a, b, total y carotenoides

El contenido de clorofila a fue significativamente mayor en las plantas que crecieron en hidroponía, perlita y arena, respecto a las que crecieron en tierra y vermiculita (Fig. 6). Una respuesta similar se observó en el contenido de clorofila total y carotenos, mientras que el contenido de clorofila b fue significativamente mayor en hidroponía y perlita, respecto a tierra (Fig. 6).

f. Proteínas

El contenido de proteínas solubles en agua extraídas de los órganos subterráneos fue mayor en las plantas que crecieron en vermiculita y el valor más bajo observado fue en hidroponía, con diferencias estadísticamente significativas; el resto de los tratamientos mostraron valores intermedios y sin diferencias estadísticas (Tabla 1).

g. Densidad de granos de almidón

La densidad de granos de almidón de los rizomas de las plantas de *C. indica* presentó diferencias significativas entre los tratamientos ensayados. La mayor densidad de granos de almidón se observó en las plantas que crecieron en vermiculita e hidroponía; con valores significativamente menores siguió el tratamiento tierra, perlita y arena (Tabla 1).

Tratamientos	Altura (cm)	Área Foliar (cm^2)	Proteínas ($mg.g^{-1}$ PF)	Densidad granos de almidón (nº de granos de almidón. mm^{-2})
Perlita	72,5 a	1490,34 a	7,61 ab	472222 a
Vermiculita	92,42 ab	3667,63 ab	8,81 b	776083 b
Arena	93,0 ab	1517,78 a	7,08 ab	430556 a
Tierra	109,1 ab	1691,18 a	7,13 ab	568700 a
Hidroponía en solución	132,0 b	6494,69 b	6,37 a	726042 b

Tabla 1. Altura, área foliar, contenido de proteínas y densidad de granos de almidón de plantas de *Canna indica*, que crecieron en diferentes sustratos. Letras distintas indican diferencias significativas entre tratamientos ($p<0,05$).

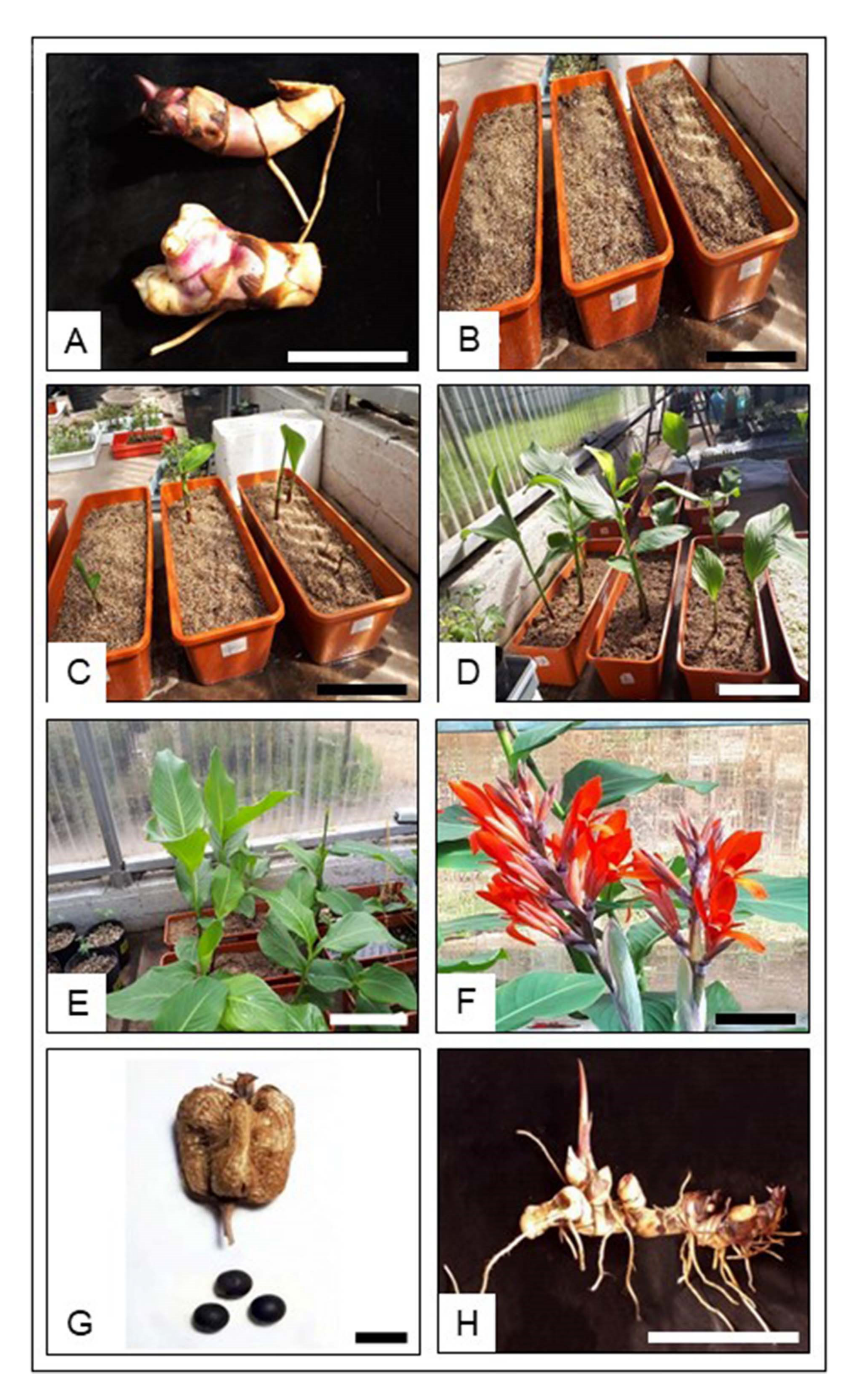


Figura 2. Sustrato vermiculita. **A.** Fragmentos de rizoma para cultivo. **B.** Macetas con el sustrato (22 agosto). **C.** Parte aérea de las plantas (20 setiembre). **D.** Parte aérea de las plantas (4 octubre). **E.** Parte aérea de las plantas (2 noviembre). **F.** Parte aérea de las plantas con floración (21 noviembre). **G.** Producción de frutos (19-XII). **H.** Uno de los rizomas obtnídos al finalizar el ensayo (20-XII). Escalas: A, B, C, D, E y H = 10 cm; F = 5 cm; G = 1cm.

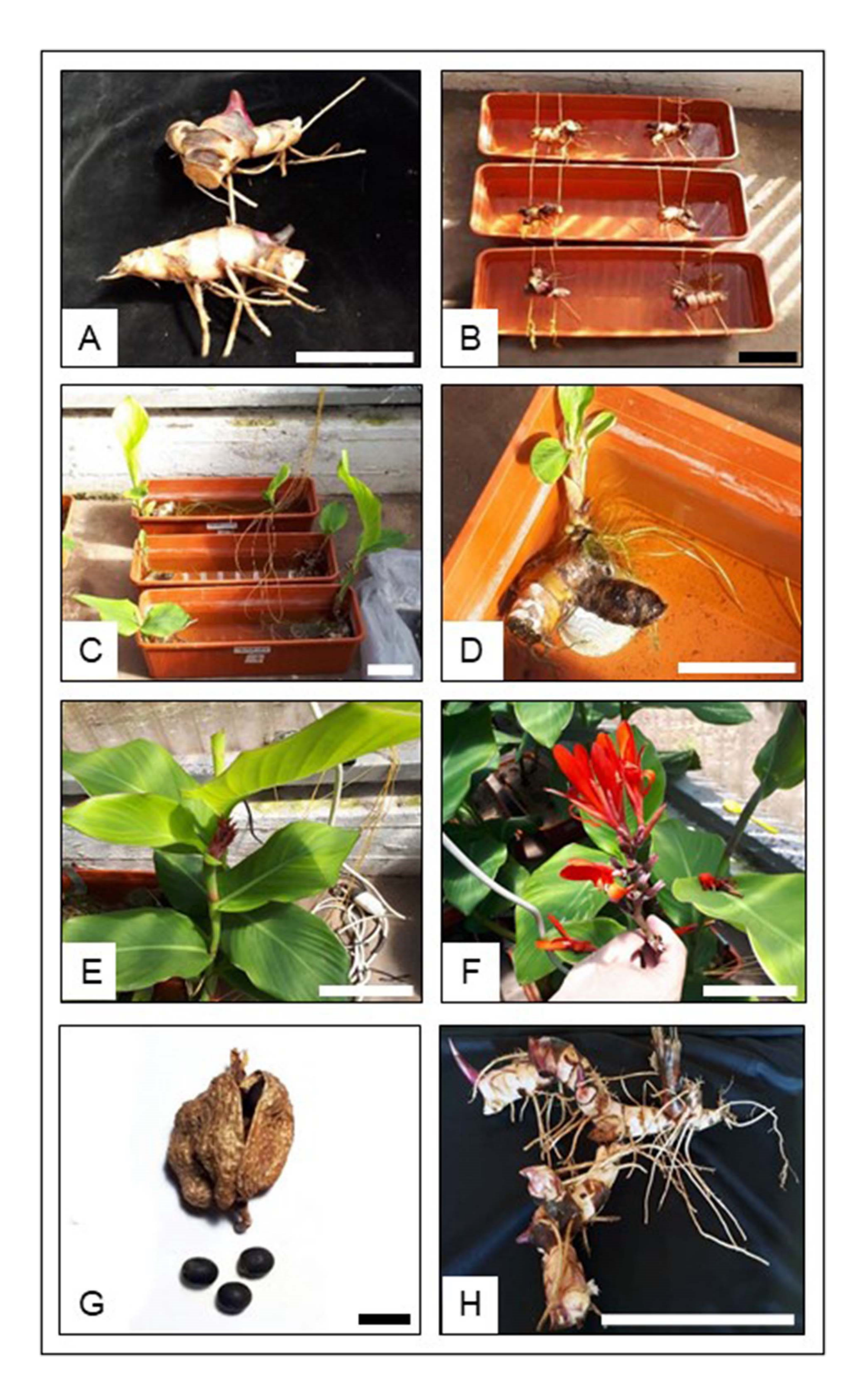


Figura 3. Hidroponía. **A.** fragmentos de rizoma para cultivo. **B.** Etapa macetas con el sustrato (20 agosto). **C.** Parte aérea de las plantas (20 setiembre). **D.** Parte aérea de las plantas (4 octubre). **E.** Parte aérea de las plantas (2 noviembre). **F.** Parte aérea de las plantas con floración (19 diciembre). **G.** Producción de frutos (19 diciembre). **H.** Uno de los rizomas obtenídos al finalizar el ensayo (20 diciembre). Escalas: A, B, C, D, E y H = 10 cm; F = 5 cm; G = 1 cm.

DISCUSIÓN

Popenoe *et. al* (1990) mencionan que *C. indica*, es una de las especies más resistentes para el cultivo alimenticio, pues crece bien hasta los 2.900 m s.m., en una amplia variedad de climas, bajo temperaturas que oscilan entre los 9ºC y 32 ºC, prosperando en distintos tipos de suelo que no son aptos para el cultivo de tubérculos y rizomas, tolerando suelos ácidos a levemente alcalinos (pH 4,5 a 8) con un alto contenido de hierro y óxido de aluminio.

En un cultivo tradicional, los rizomas de esta especie pueden comenzar a cosecharse a los 6 meses de su siembra (momento en el cual, el rizoma es más suculento) o entre los 8-10 meses (cuando presenta tallos florecidos y rizomas de mayor calidad, hinchados al máximo y ricos en fibra).

En condiciones favorables tradicionales, a cuatro meses de la siembra de rizomas, se obtienen 23 tn de rizomas/ha^{-1}, y a los doce meses se obtienen 85 t/ha^{-1}, siendo el rendimiento del almidón de 2 a 10 tn/ha^{-1} (Popenoe *et. al*, 1990).

En este trabajo, mediante el cultivo no convencional, se obtuvieron plantas que realizaron su ciclo de vida en cuatro meses luego de realizada la siembra de segmentos de rizomas, obteniéndose rizomas óptimos para el consumo.

En general, el cultivo comercial tradicional de esta especie no requiere mayores cuidados ni la aplicación de insumos, por ser una planta bastante rústica, excepto riegos durante períodos de sequía prolongados (Tapia & Fries, 2007). Según Morales López (2019) se puede plantar en todo tipo de terreno dando prioridad a suelos ricos, orgánicos y si el suelo posee pocos nutrientes amerita la adición de fertilizantes o compost. En algunos ambientes, cuando se cultiva esta especie para la obtención de almidón, se requiere la aplicación de fertilizantes químicos para obtener un crecimiento y rendimiento adecuado. Estos fertilizantes son de tipo N-P-K, (nitrógeno – fósforo – potasio) siendo frecuente el uso de las fórmulas aplicadas al cultivo de papa (10-30-10, 10-20-20 y 15-15-15), donde el agregado de estos macronutrientes es fundamental para un óptimo crecimiento (Rodríguez Borray *et al.*, 2003). Sin embargo, no existe mucha información del cultivo de esta planta en condiciones de hidroponía, ya sea en solución o en sustrato.

Tal como menciona Beltrano & Giménez (2015), el método no tradicional de cultivos vegetales por hidroponía, reduce la erosión y desgaste de los suelos por la aplicación de fertilizantes y productos fitosanitarios de síntesis química; según los autores, al ser este tipo de cultivo, un ambiente inorgánico controlado, se reduce la aparición de enfermedades radiculares.

De acuerdo con los resultados obtenidos en este trabajo, en los parámetros de crecimiento, se observó una respuesta favorable cuando se realizó el cultivo de la achira en hidroponía con solución de Hoagland. La altura de las plantas, el área foliar y los pesos frescos y secos corroboran esta respuesta. *Canna* sp. puede crecer tanto en ambientes terrestres como acuáticos (humedales), pero poco se sabe sobre sus requerimientos nutricionales (Konnerup & Brix, 2010). En este ensayo se utilizó una solución nutritiva convencional con aporte de nitrógeno el cual es esencial para el crecimiento vegetativo de la planta, la formación de nuevas hojas y el aumento de la biomasa aérea. Según el trabajo realizado por Konnerup & Brix (2010) *C. indica* creció bien en solución hidropónica independientemente de la fuente de N utilizada, NH_4^+ o NO_3^-. Ni la partición de biomasa ni los parámetros morfológicos fueron afectados por la fuente de N suministrada.

Como se observó en los resultados obtenidos y en coincidencia con la bibliografía, una correcta formulación de la solución nutritiva permite obtener plantas de mejor tamaño y calidad, así como también mayor tamaño de fruto. En muchos casos, el tiempo de desarrollo de la planta se acorta, como se observó en este trabajo coincidiendo con el cultivo de otras especies como la lechuga (Beltrano & Giménez, 2015).

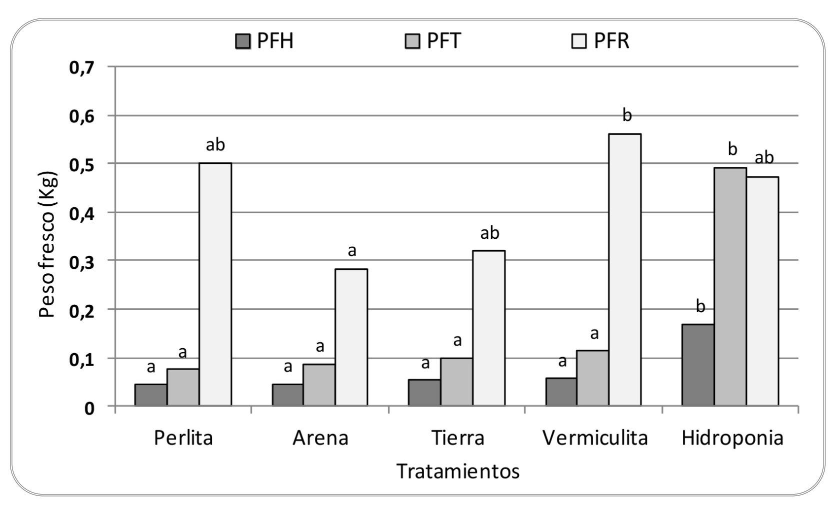


Figura 4. Peso fresco de hojas, tallos y raíces de plantas de *Canna indica* en diferentes sustratos. Letras distintas indican diferencias significativas entre tratamientos (p<0,05).

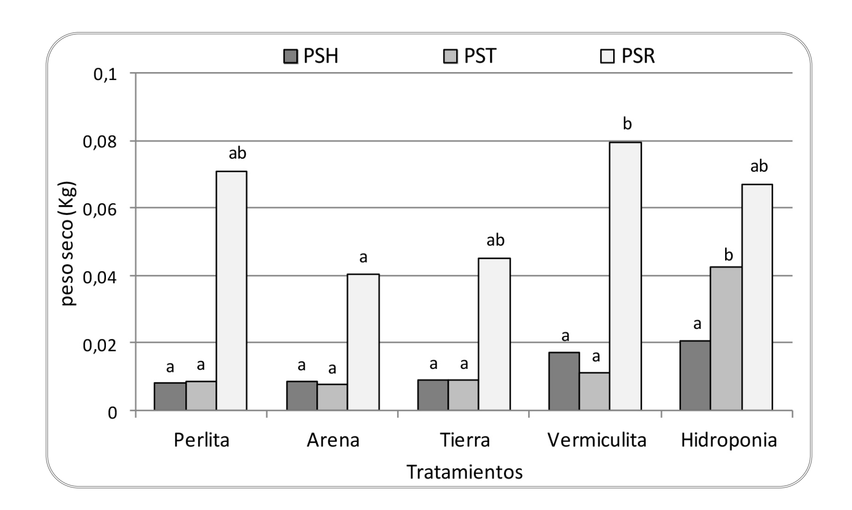


Figura 5. Peso seco de hojas, tallos y raíces de plantas de *Canna indica* en diferentes sustratos. Letras distintas indican diferencias significativas entre tratamientos (p<0,05).

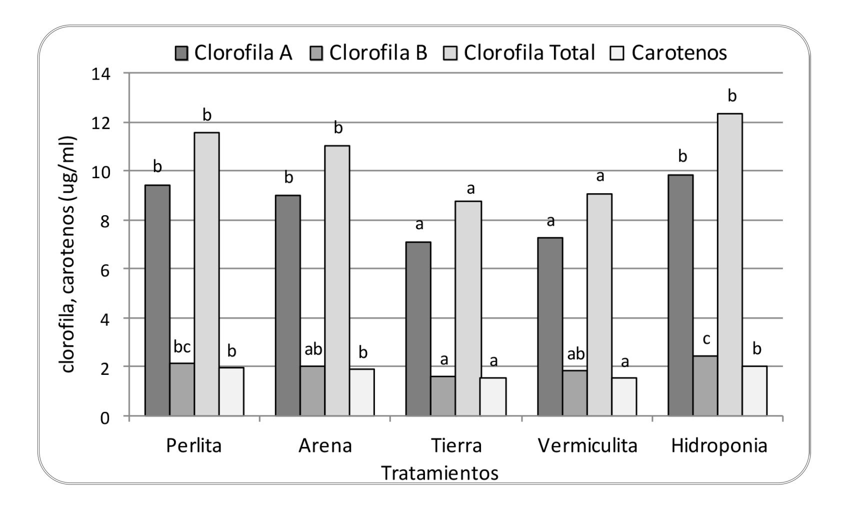


Figura 6. Contenido de clorofila A, B, total y carotenos de plantas de *Canna indica* conque crecieron en diferentes sustratos. Letras distintas indican diferencias significativas entre tratamientos (p<0,05).

En este ensayo, además del tratamiento con solución de Hoagland, el tratamiento en el cual las plantas crecieron en vermiculita mostró una respuesta favorable en los parámetros de crecimiento, diferenciándose significativamente del resto de los tratamientos. Una respuesta similar se observó en el contenido de proteínas solubles en agua y en la densidad de granos de almidón.

En cuanto al contenido de pigmentos, tanto clorofila como carotenoides, observamos una respuesta favorable cuando los rizomas crecieron en solución de Hoagland, perlita y arena. Estos dos últimos sustratos son muy utilizados en este tipo de cultivo porque presentan varias características favorables como porosidad apropiada, estabilidad física, disponibilidad en el mercado y bajo costo. Otra propiedad que diferencia estos sustratos de otros es la baja capacidad de intercambio catiónico (CIC) que no supera los 10 $meq.L^{-1}$ (Beltrano & Giménez, 2015). En los actuales sistemas de cultivos sin suelo, en los que con la nueva tecnología existente se puede formular de forma cómoda las soluciones nutritivas, suelen usarse sustratos con una baja CIC, o sea, que sean químicamente inertes o de muy baja actividad (Moreno, 2007). Cuando la CIC es baja o nula el material actúa exclusivamente como medio de soporte para el cultivo, sin ejercer influencia sobre el intercambio de minerales de los que se nutre la planta. Estas características mencionadas de los sustratos, tienen relación directa con la disponibilidad de los nutrientes y especialmente con aquellos que presentan alta movilidad como el N y el Mg, ambos componentes de la molécula de clorofila. Esto puede explicar las diferencias encontradas respecto al contenido de pigmentos fotosintéticos en estos tratamientos al igual que en el tratamiento donde los rizomas crecieron directamente en solución nutritiva.

Por otra parte, la potencialidad y habilidad de las plantas para cumplir su ciclo de vida fuera de nuestro planeta (Ivanova *et al.*,1993, Musgrave, 2007), las convierte en un recurso de gran importancia en la exploración espacial. En este sentido, la Agencia Espacial Europea (ESA) ha trabajado en el proyecto MELISSA (Micro-Ecological Life Support System Alternative), el cual constituye un sistema regenerativo cerrado (CRLSS: Closed Regerative Life Support Systems) que absorbe el CO_2, emite O_2, purifica el agua por transpiración y recicla desechos por medio de nutrición mineral, e incluye un área de producción de plantas superiores con énfasis en plantas alimenticias (Godia, 2004; Hendrickx *et al*., 2006). De esta manera, el cultivo de *C. indica*, también podría ocupar un rol esencial dentro de los sistemas de soporte vital bio-regenerativo necesarios para la exploración espacial, aportando al hábitat de los astronautas, alimento, disminución de CO_2, producción de O_2, reciclaje de residuos, gestión del agua e incluso, tener un impacto positivo en la salud psicológica de la tripulación (Zabel *et. al.*, 2016).

CONCLUSIÓN

El cultivo de *C. indica* realizado en los sustratos hidroponía en solución y vermiculita, en condiciones controladas de invernáculo, permite la producción de rizomas de mayor tamaño y calidad respecto a los restantes sustratos ensayados, en menos de cuatro meses, donde las plantas lograron completar satisfactoriamente su ciclo de vida. Esta técnica de cultivo no convencional de *C. indica* permite la cosecha manual de fragmentos de rizomas, sin destruir al organismo vegetal que los produce, permitiendo la propagación de la especie y que ésta continúe produciendo el órgano alimenticio. El cultivo no convencional de *C. indica* podría aportar alimento suplementario a poblaciones humanas situadas en ambientes extremos de nuestro planeta e incluso fuera de éste, como parte de los sistemas de soporte vital ensayados en la NASA y en la ESA.

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a la Dra. Ana María Arambarri, especialista en Morfología y Anatomía Vegetal, Directora del Laboratorio de Morfología Comparada de Espermatófitas (LAMCE) de la Facultad de Ciencias Agrarias

y Forestales de la Plata (FCAyF), Universidad Nacional de La Plata (UNLP), por la lectura crítica del manuscrito. Asimismo, agradecemos el apoyo técnico e intelectual, brindado por el Instituto de Fisiología Vegetal (INFIVE-FCAyF-UNLP) y por el Instituto de Astrobiología de Colombia (IAC). Por último, agradecemos a los revisores por sus valiosos aportes.

BIBLIOGRAFÍA

Antillón, L. A. (2004). *Hidroponía, Cultivo sin tierra*. (1º Ed). Editorial Tecnológica de Costa Rica.

Barrera , V. H., Tapia, C. G., & Monteros, A. R. (Eds.). 2004. *Raíces y Tubérculos Andinos: Alternativas para la conservación y uso sostenible en el Ecuador*. Serie: Conservación y uso de la biodiversidad de raíces y tubérculos andinos. Una década de investigación para el desarrollo (1993-2003). No.4. Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias, Centro Internacional de la Papa, Agencia Suiza para el Desarrollo y la Cooperación. Quito, Ecuador - Lima, Perú.

Beltrano, J., & Gimenez, D. O. (2015). *Cultivo en hidroponía*. Editorial de la Universidad Nacional de La Plata (EDULP). https://doi.org/10.35537/10915/46752

Bradford, M. M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*, 248-254. https://doi.org/10.1006/abio.1976.9999

Bueno Prieto, J. E., & Martínez Frías, J. (2021). Desierto de la Tatacoa: Marte en Colombia. https://doi.org/10.21028/jbp.2021.12.09

Cabrera, A. L. (1976). *Regiones Fitogeográficas Argentinas. Enciclopedia Argentina de Agricultura y Jardinería.* Fasciculo I, Tomo II, (2º Ed,), ACME S.A.C.I, Buneos Aires, Argentina.

Cañar Inga, E. A., & Paguay Verdugo, E. M. (2017). *Estandarización de la técnica de microdilución de actividad antifúngica de extractos hidrofílicos y liofílicos de plantas medicinales frente a Candida albicans.* Facultad de Ciencias químicas Carrea de Bioquímica y Farmacia. Ecuador [tesis doctoral, Universidad de Cuenca].

Chavarría-Torrez, A., & Castillo-Castro, S. D. (2018). El forraje verde hidropónico (FVH), de maíz como alternativa alimenticia y nutricional para todos los animales de la granja. *Revista Iberoamericana de Bioeconomía y Cambio Climático*, 4 (8), 1032-1039. https://doi.org/10.5377/ribcc.v4i8.6716

Cowles, J. R., LeMay, R., Jahns, G., Scheld, W. H., & Peterson, C. (1989). *Lignification in young plant seedlings grown on earth and aboard the space shuttle*. En: Lewis N. G. & Paice M. G. (Eds.). *Plant Cell Wall Polymers. Biogenesis and Biodegradation.* ACS Symposium Series. American Chemical Society; Washington, DC, USA, 399, 203-213. https://doi.org/10.1021/bk-1989-0399.ch015

D'Ambrogio, A. (1986). *Manual de técnicas en histología vegetal*. Hemisferio Sur, Buenos Aires, Argentina.

Espinosa, P., Vaca, R., Abad, J., & Crissman, C. (1997). *Raíces y tubérculos andinos. Cultivos marginados en el Ecuador: situación actual y limitaciones para la producción*. Ediciones Abya-Yala. Quito, Ecuador.

Figueroa Cardozo, Y., & Galeano, G. (2004). Guía ilustrada de la flora del Desierto de la Tatacoa, Huila, Colombia. *Acta Biológica Colombiana*, 29(2), 263-281.

Florez Molina, M.T., Parra Sánchez, L. N., Jaramillo Jaramillo, D.F., & Jaramillo Mejía, J.M. (2018). Evidencias macromorfológicas y micromorfológicas de paleosuelos en el desierto de La Tatacoa y su variación sincrónica. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, *42*(165), 422-438. https://doi.org/10.18257/raccefyn.702

Godia, F., Albiol, J., Perez, J., Creus, N., Cabello, F., Montras, A., Masot, A., & Lasseur, C. (2004). The MELISSA pilot plant facility as an integration test-bed for advanced life support systems. *Advances in Space Research*, 34,1483–1493. https://doi.org/10.1016/j.asr.2003.08.038

Gómez, F. (2016). *Vida en ambientes extremos*. Investiga I+D+i. http://www.programainvestiga.org/pdf/guias2016-17/Guia%20introductoria%20al%20tema%20vida%20en%20ambientes%20extremos.pdf

Grau, R. H., Babot, M. J., Izquierdo, A. E., & Grau, A. (2018). *La Puna Argentina: naturaleza y cultura. Serie Conservación de la Naturaleza* Nº 24. https://doi.org/10.1659/mrd.mm233

Hendrickx, L., de Wever, H., Hermans, V., Mastroleo, F., Morin, N., Wilmotte, A., Janssen, P., & Konnerup, D., & Brix, H. (2010). Nitrogen nutrition of *Canna indica*: effects of ammonium versus nitrate on growth, biomass allocation, photosynthesis, nitrate reductase activity and N uptake rates. *Aquatic Botany*, *92* (2), 142-148. https://doi.org/10.1016/j.aquabot.2009.11.004

Hernández, M .P., Civitella, S. M. &, Rosato,V. G. (2010). Uso medicinal popular de plantas y

líquenes de la Isla Paulino, Provincia de Buenos Aires, Argentina. *Boletín Latinoamericano del Caribe Plantas Medicinales Aromática*, 9(4), 258-269.

Hernández, M.,P. ,& Arambarri , A.,M. (2019). Variación estacional de la densidad de granos de almidón en rizomas de *Canna glauca* y *C. indica* (Cannaceae). *Lilloa*, 56(2), 37-46. https://doi.org/10.30550/j.lil/2019.56.2/3

Hernández, M. P., Calonge, F. S., Morandi, L. A. , Katinas, L., & Arambarri, A. M. (2019). Uso tradicional de las plantas puneñas en la localidad Tolar Grande, Provincia de Salta (Argentina). XXXVII Jornadas Argentinas de Botánica, Tucumán, Argentina. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica*, 54 (Supl.), 174-175.

Hernández, M.P., Carbone, A.V., Katinas, L., Arambarri, A, M., Carrasquero, S., Morandi, L. A., Calonge, F., Araujo, M., & Gutiérrez, M. T. (2020). Plantas vasculares puneñas y altoandinas de la provincia de Salta (Argentina) para la terraformación del planeta marte. V Congreso Internacional de Astrobiología. Instituto de Astrobiología de Colombia (IAC). Universidad de Atlántico, Bogotá. Colombia.

Hurrell, J. A., Bazzano, D. H. &, Delucchi, G. (2005). *Monocotiledóneas Herbáceas Nativas y Exóticas*. En Hurrell, J. A. (ed.). *Biota Rioplatense X*, 1-320. Buenos Aires, Lola.

Jost, A. I., Hoson, T. &, Iversen, T. H. (2015). The Utilization of Plant Facilities on the International Space Station-The Composition, Growth, and Development of Plant Cell Walls under Microgravity Conditions. *Plants* (Basel, Switzerland), *4*(1), 44-62. https://doi.org/10.3390/plants4010044

Ivanova, T. N., Bercovich, Y . A., Mashinskiy, A. L., & Meleshko, G. I. (1993). The 1st space vegetables have been grown in the svet greenhouse using controlled environmental-conditions. *Acta Astronautica,* 29: 639-644. https://doi.org/10.1016/0094-5765(93)90082-8

MacElroy, R. D. (1974). Some comments on the evolution of extremophiles. *Biosystems*, 6, 74-75.

Martínez Crovetto, R. 1981. Plantas utilizadas en medicina en el noroeste de Corrientes (República Argentina)". *Fundación Miguel Lillo*. *Miscelánea*, 69, 1-139.

Marzocca, A. (1993). *Vademécum de Malezas Medicinales de la Argentina indígenas y exóticas*. Orientación Gráfica Editorial S.R.L., Buenos Aires, Argentina.

Medina, F. J. (2020). Space explorers need to be space farmer. What we know and what we need to know about plant growth in space. University of Valencia*, Metode Science Studies Journal,* 11, 55-62. https://doi.org/10.7203/metode.11.14606

Monje, C. (2001). *La Tatacoa. Ecosistema estratégico de Colombia*. Editorial Universidad Surcolombiana.

Montaldi, E. R. (1995). *Principios de Fisiología Vegetal*. (1º Ed.). Ediciones Sur, La Plata, Argentina.

Morales López, D. A. (2019). *Proyecto para la elaboración y comercialización de té de achira en la ciudad de Quito-Ecuador* [tesis doctoral, Universidad Central del Ecuador].

Moreno, N. R. (2007). *Manual de producción de tomate rojo bajo condiciones de invernadero para el calle de Mexicali, Baja California*. Fundación produce, gobierno de Baja California, México.

Musgrave, M. E. (2007). Growing plants in space. CAB Reviews: Perspectives. In Agriculture, Vetetinary Science, Nutrition ando Natural Resourses, 2 No. 065. https://doi.org/10.1079/PAVSNNR20072065

Paradiso, R., de Micco, V., Buonomo, R., Aronne, G., Barbieri, G., & de Pascale, S. (2014). Soilless cultivation of soybean for bioregenerative life-support systems: A literature review and the experience of the MELISSA project - Food characterisation phase I. *Plant Biology,*16, 69-78. https://doi.org/10.1111/plb.12056

Pocchetino, M.L. (2015). *Botánica económica. Las plantas interpretadas según tiempo, espacio y cultura*. *Sociedad Argentina de Botánica*.

Popenoe, H., King, S. R., León, J., & Sumar Kalinowsky, L. (1990). Lost Crops of the Incas. *National Academy Press*. Washington D. C., 3-15.

Rendón, J. B., & Ramírez Jiménez, E. A. (2012). Espacios globales y resistencias locales, en el bosque seco tropical La Tatacoa. *Ciudad Paz-ando*, 5(1), 137-150. https://doi.org/10.14483/2422278X.7295

Rapoport, E. H., Marzocca, A., & Drausal, B.S. (2009). *Malezas comestibles del Cono Sur y otras partes del planeta. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria,* Universidad Nacional del Comahue.

Rodríguez Borray, G. A., García Bernal, H. R., Camacho Tamayo, J. H., & Arias, F. L. (2003). *El almidón de achira o sagú (Canna edulis Ker). Manual Técnico para su elaboración.* Corporación Colombiana de lnvestigación Agropecuaria. Subdirección de lnvestigación e Innovación Tecnológica. Programa Nocional de Procesos Agroindustriales. Colombia.

Romero Vásquez, S. M., & Valdez Valles, J. A. (2016). *Capacidad antioxidante in vitro de los flavonoides totales del estracto fluído de las*

hojas de Canna indica L. *(achira) frente al radical libre 2,2-difetil-1-picrilhidracio* [tesis doctoral, Universidad Nacional de Trujillo].

Ruyters, G., & Braun, M. (2014). Plant biology in space: recent accomplishments and recommendations for future research. *Plant Biology,* 16: 4–11. https://doi.org/10.1111/plb.12127

Tapia, M. E., & Fries, A. M. (2007). *Guía de campo de los cultivos andinos*. FAO y ANPE. Lima.

Wellburn, A. R. (1994). The spectral determination of chlorophylls A and B, as well as Total caroteinds, using various solvents with Spectrophotometers of different resolution. *Journal of Plant Physiology,* 144, 307-313. https://doi.org/10.1016/S0176-1617(11)81192-2

Yaruro Cáceres, N. C., Suarez Mahecha, H., de Francisco, A., Vásquez Mejía, S. M., & Daz Moreno, C. (2021). Physicochemical, thermal, microstructural and paste properties comparison of four achira (Canna edulis sp.) starch ecotypes. *International Journal of Gastronomy and Food Science*, 25. https://doi.org/10.1016/j.ijgfs.2021.100380

Zabel, P., Bamsey, M., Schubert, D., & Tajmar, M. (2016*).* Review and analysis of over 40 years of space plant growth systems. *Life Sciences in Space Research*, 10, 1-16. https://doi.org/10.1016/j.lssr.2016.06.004